

Elevages de glossines. Synthèse

par J. ITARD¹, B. BAUER²

- (1) Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux (I.E.M.V.T.)
10, rue Pierre Curie, 94704 Maisons-Alfort, Cedex, France.
(2) Centre de Recherches sur les Trypanosomoses Animales (C.R.T.A.),
B.P. 454, Bobo-Dioulasso, Burkina Faso.

Résumé

ITARD (J.), BAUER (B.). Elevage des glossines. Synthèse. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1984, 37 (N° spécial) : 143-175

Après un bref historique, les auteurs décrivent les différentes modalités qui ont été mises au point, au cours des 20 dernières années, pour obtenir des élevages autonomes de glossines atteignant parfois des effectifs considérables, grâce auxquels des campagnes de lutte génétique ont pu être entreprises : obtention des premiers individus, réalisation des conditions climatiques, maintien et manipulation des mouches, alimentation sur animaux vivants et alimentation à travers des membranes synthétiques. Des formules mathématiques permettent de calculer les nombres d'individus disponibles pour la recherche ou la lutte.

Mots-clés : Glossines - Elevage - Alimentation.

Summary

ITARD (J.), BAUER (B.). Rearing of Glossina. A review. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1984, 37 (N° spécial) : 143-175

After a short historical survey, the authors describe the various techniques which have been developed during the past 20 years to obtain self supporting glossina colonies sometimes reaching up to considerable numbers and through which campaigns of genetical control have been undertaken.

The main steps are described : obtention of the foundation individuals, control of environmental conditions, maintenance and handling of the flies, feeding on live animals and synthetic membranes. Mathematical formulas allow to compute the numbers of available individuals for research or/and control operations.

Key words : Glossina - Rearing - Feeding.

I. INTRODUCTION

Le premier élevage de Glossines fut réalisé en 1913, en Europe, par ROUBAUD (69), à partir de pupes de Glossina morsitans submorsitans en provenance du Sénégal. Cet élevage s'est poursuivi pendant 3 ans, à l'Institut Pasteur de Paris, mais l'effectif n'a jamais dépassé 32 individus.

En 1937, HELEN et KENNETH MELLANBY (47) signalent avoir obtenu 4 générations de Glossina palpalis à Londres.

RHODAIN et VAN HOOF (66) font, en 1934, un essai d'élevage de G. palpalis à l'Institut tropical d'Anvers, mais l'abandonnent en raison des mauvais résultats obtenus. Ils reprennent cet essai en août 1939, mais doivent l'interrompre, à la 6e génération, au début de la 2e guerre mondiale.

Par la suite, d'autres chercheurs ont créé en Afrique des élevages plus importants leur permettant de disposer du matériel de recherche qui leur était nécessaire. Cependant, aucun de ces élevages ne fut réellement autonome, l'approvisionnement des colonies étant généralement assuré à partir d'insectes capturés sur le terrain (NASH et al. 60).

Après les années 1950, les recherches fondamentales sur les trypanosomoses africaines et leurs vecteurs se sont multipliées, tant en Europe qu'en Amérique du Nord, d'où une demande accrue d'importantes quantités d'insectes. Cependant, on ignorait à l'époque s'il était possible de créer des élevages autonomes de Glossines permettant de subvenir aux besoins de la recherche. Les résultats obtenus par GEIGY (21) en 1948 à l'Institut Tropical suisse de Bâle avec une colonie de G. palpalis (= G. fuscipes quanzensis) maintenue en élevage pendant plus de 5 ans permettaient d'espérer que cet objectif pouvait être atteint.

Des essais furent alors effectués dans différents pays d'Europe, dans le but d'étudier la possibilité de créer des élevages importants de Glossines, qui seraient capables de fournir des insectes d'âge et de conditions connus et de produire les grandes quantités d'individus nécessaires à la lutte par lâchers d'insectes stériles.

Ces essais ont abouti, entre les années 1960-1970 avec les travaux d'AZEVEDO et PINHAO (2) au Portugal, de NASH et JORDAN (58) en Angleterre et d'ITARD (22) en France, à la réalisation d'élevages autonomes prospères, permettant de subvenir largement aux besoins de la recherche.

Quelques-unes de ces colonies originelles ont, pour des raisons diverses, disparu, et il ne subsiste actuellement que quelques laboratoires où des élevages de

Glossines, comprenant plusieurs milliers d'individus, sont entretenus, sans apport extérieur, suivant des techniques normalisées.

La situation actuelle des principaux élevages de Glossines en Europe et en Afrique peut être résumée ainsi :

- Six espèces de Glossines (G. morsitans morsitans, G. m. submorsitans, G. austeni, G. tachinoides, G. fuscipes fuscipes, G. palpalis gambiensis) sont élevées à l'Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux de Maisons-Alfort (France).

- Quatre espèces sont élevées au Tsetse Research Laboratory de Langford (Angleterre), (G. m. morsitans, G. austeni, G. p. palpalis, G. pallidipes).

- Deux espèces (G. palpalis palpalis et G. pallidipes) sont élevées au Laboratoire de l'Agence Internationale de l'Energie Atomique à Seibersdorf (Autriche).

- Deux espèces (G. p. palpalis et G. f. quanzensis) sont élevées au Rijksuniversitair centrum d'Anvers (Belgique).

- Quatre espèces (G. palpalis gambiensis, G. tachinoides, G. m. submorsitans et G. medicorum) sont couramment élevées au Centre I.E.M.V.T.(*)/G.T.Z.(**) de Recherche sur les Trypanosomoses Animales de Bobo-Dioulasso (Burkina).

- G. palpalis palpalis est en cours d'élevage au Nigéria (projet BICOT-Vom) et au Ghana (Animal Research Institute).

En outre des élevages de Glossines (G. m. morsitans, G. m. centralis, G. pallidipes, G. austeni, G. f. fuscipes, G. p. palpalis, G. tachinoides, G. brevipalpis) ont été réalisés ou sont en cours au Kenya (I.C.I.P.E. (***), I.L.R.A.D. (****), Kenya Trypanosomiasis Research Institute), en Tanzanie (Tsetse Research Project), en Uganda (U.T.R.O.) (*****), en Zambie (National Council for Scientific Research).

II. CONDITIONS GENERALES D'ELEVAGE DES GLOSSINES

Les facteurs qui conditionnent l'élevage des glossines sont étroitement liés à la biologie et à l'écologie de ces insectes. Le succès d'un élevage tient au respect

(*) Institut d'Elevage et de Médecine Vétérinaire des Pays Tropicaux ;

(**) Gesellschaft für Technische Zusammenarbeit (Office allemand de Coopération technique ;

(***) International Centre of Insect Physiology and Ecology ;

(****) International Laboratory for Research on Animal Diseases ;

(*****) Uganda Trypanosomiasis Research Organization.

de quelques principes déjà exposés par différents auteurs (EVANS, 18 ; NASH, 54 ; LUMSDEN et SAUNDERS 45 ; ITARD, 22, 23) et brièvement résumés ci-après.

Les Glossines étant strictement hématophages dans les 2 sexes, une alimentation correcte est indispensable. Après avoir expérimenté plusieurs espèces animales, la plupart des chercheurs nourrissent leurs colonies sur cobaye, lapin ou chèvre. La nourriture artificielle à travers une membrane, avec du sang défibriné ou hépariné et lyophilisé est également effectuée dans divers laboratoires.

Le nombre de repas varie suivant la température ambiante et l'état physiologique. En pratique, il faut pouvoir donner aux insectes en élevage l'occasion de se nourrir tous les jours. Dans les élevages bien établis, on peut cependant s'abstenir de les nourrir le dimanche. Lorsque les insectes sont nourris sur animaux vivants, il faut veiller à éviter des réactions cutanées chez l'animal hôte soumis à de trop fréquentes piqûres (NASH et al., 55, 61), ce qui peut être obtenu en assurant à chaque animal un repos d'au moins 3 jours entre les périodes d'utilisation.

Les femelles de Glossines sont larvipares. La première larve est pondue vers le 18^e - 20^e jour ; les suivantes sont pondues à intervalles réguliers, tous les 10 jours en moyenne. La durée moyenne de vie, en laboratoire, étant d'environ 100 à 150 jours, une femelle ne produira, en moyenne, dans les meilleures conditions, que 10 à 15 descendants au cours de sa vie. Le taux d'accroissement d'une population est donc très lent. Il importe en conséquence d'assurer aux femelles des conditions optimales de vie et un taux d'insémination aussi élevé que possible.

Les conditions les plus favorables sont réalisées avec une température de 24 à 26°C et, une humidité relative comprise entre 60 et 85 p.100, selon les espèces. Les températures supérieures à 27 - 28°C se traduisent par une mortalité élevée chez les adultes et les pupes, ou un arrêt de la ponte chez les femelles reproductrices. Les pupes sont généralement maintenues à des températures légèrement inférieures à celles des adultes (23,5 à 25,5°C), et à un taux d'humidité élevé (80 à 90 p.100). Dans ces conditions, la durée moyenne de nymphose est, selon le sexe et l'espèce, comprise entre 27 et 37 jours, et les pourcentages d'éclosion sont supérieurs à 92 p.100.

Les femelles sont accouplées à l'âge de 3 jours avec des mâles âgés d'au moins 7 jours. En général, des groupes de 10 à 25 femelles sont mises en présence d'un nombre égal, ou légèrement inférieur, de mâles, pendant 24 à 72 heures, après quoi les sexes sont séparés. Les taux d'insémination sont, avec ce procédé, toujours supérieurs à 80 p.100, et le plus souvent, compris entre 86 et 96 p.100. Afin de réduire les manipulations, les mâles sont parfois laissés jusqu'à leur mort dans la cage des femelles.

Les conditions d'éclairage sont variables suivant les auteurs, mais en général, on adopte un rythme d'éclairement artificiel plus ou moins intense pendant

12 heures le jour, les mouches restant dans l'obscurité entre 6 heures du soir et 6 heures du matin.

Une des principales causes d'échec des élevages de glossines est due à des contaminations accidentelles par insecticides (1, 57).

Il est souvent très difficile d'identifier la source de contamination, dont les effets peuvent être insidieux et n'être décelés que plusieurs jours après le début de l'intoxication. L'insecticide peut être introduit dans la salle d'élevage par les vêtements du personnel ou des visiteurs ou par le matériel et les produits d'entretien. Une surveillance rigoureuse est donc nécessaire, de façon à interdire l'usage de tout insecticide aux environs de l'insectarium. Pour détruire les insectes ailés qui peuvent envahir, à certaines saisons, l'animalerie et les salles d'élevage, on utilisera des pièges électrocutants, émettant des rayons ultra-violets attractants (57). Il est en outre prudent de laver les animaux nourriciers nouvellement introduits.

Les émanations de peinture, la formaldéhyde contenue dans la colle des bois agglomérés ou certains vernis, la fumée de tabac, sont dangereuses. Le chlore est également nocif et le matériel utilisé dans l'insectarium, en particulier le tulle des cages, doit être lavé au savon blanc ordinaire et rincé soigneusement à l'eau déminéralisée.

Une autre cause d'intoxication, provoquant une baisse du taux de fécondité des femelles, a pour origine certains produits médicamenteux administrés aux animaux nourriciers ou contenus dans leur alimentation (14, 41, 73, 75).

III. REALISATION DE L'ELEVAGE

1) Origine des insectes

Que les élevages soient réalisés en Europe ou en Afrique, la génération parentale sera, dans toute la mesure du possible, constituée à partir de pupes récoltées sur le terrain (mais leur recherche est difficile et aléatoire et elles peuvent être parasitées par des Mutillidae ou des Thyridanthrax) ou obtenues à partir de femelles sauvages capturées dans leurs gîtes et élevées sur place.

Le maintien en vie des Glossines pendant plusieurs semaines peut en effet être réalisé sur les lieux même de capture en utilisant un système d'étagères sur lesquels reposent les cages contenant les mouches ; l'ensemble est clos par des volets en toile humidifiée qui assurent, par évaporation, les conditions climatiques nécessaires à la survie des Glossines. Les insectes sont nourris sur cobayes ou sur chèvres.

Par ce moyen, on évite les pertes d'insectes en cours de transport, les pupes pouvant aisément être transportées sous un faible volume dans des boîtes de polystyrène garnies de coton ou de copeaux (42); alors que les insectes adultes, qu'il est nécessaire de nourrir avant de les transporter dans des cages humidifiées, supportent mal le voyage, d'où des avortements chez les femelles pares et une mortalité élevée.

En outre, les glossines adultes capturées sur le terrain peuvent être infectées par des trypanosomes qu'elles transmettent aux animaux nourriciers, ce qui ne peut se produire avec les individus issus des pupes récoltées en brousse et ramenées au laboratoire.

Le sex-ratio chez les Glossines étant de 1/1, les éclosions se succédant sur une période de 30 à 40 jours - n (nombre de jours séparant la réception de la pupa du jour de récolte), et le pourcentage d'éclosion variant, suivant les conditions de récolte et de transport entre 45 et 90 p.100, le démarrage d'un élevage nécessite au départ un apport important de pupes, dont le nombre ne doit pas être inférieur à 200, afin d'obtenir en moyenne 60 à 80 femelles reproductrices, à partir desquelles la colonie pourra être constituée, si les conditions réalisées dans l'insectarium sont correctes d'emblée.

2) Les insectariums

Les insectariums seront installés en dehors des agglomérations, qui sont parfois, notamment en Afrique, l'objet de pulvérisations insecticides pour lutter contre les moustiques ; ils ne devront cependant pas en être trop éloignés, afin de bénéficier des commodités qu'elles offrent (fourniture de courant électrique, d'eau courante, commerces divers, etc.).

Afin de maintenir une ambiance climatique constamment favorable aux Glossines ($T^{\circ} = 25 \pm 1^{\circ}\text{C}$; H.R. = 60 à 85 p.100), il est nécessaire d'isoler thermiquement les bâtiments qui seront constitués de murs épais ou doubles, avec, en Afrique au moins, un toit en bacs d'aluminium très couvrant protégeant les murs. Les plafonds seront isolés avec de la laine de verre, les portes pourvues d'un sas et les fenêtres de doubles vitres.

Les insectariums comprendront, dans toute la mesure du possible, plusieurs blocs ou unités d'élevage indépendants, afin d'éviter la destruction de tout l'élevage à la suite d'un accident (contamination par insecticide, intoxication par produits médicamenteux, etc.).

On prévoira une alimentation de secours en eau et en électricité : puits ou forage avec pompe ; groupe électrogène se mettant automatiquement en marche lors de pannes.

La climatisation sera assurée en Europe par des radiateurs à bain d'huile (1 200 watts) avec thermostat incorporé et en Afrique par des climatiseurs individuels de 2 cv (4 300 frigories/heure). Des humidificateurs atomiseurs d'air type Defensor 3502 (débit horaire : 3,5 l/h) commandés par des hygrostats à contact électrique, avec échelle de 5 à 100 p.100 H.R., permettront le maintien du taux d'humidité désiré. Le nombre de ces appareils dépend du volume de l'insectarium.

Il suffit par exemple d'un seul climatiseur et d'un seul humidificateur pour climatiser dans d'excellentes conditions, en toute saison, une pièce de 80 m³.

Des thermo-hygrographes panoramiques, avec diagramme hebdomadaire, placés en différents points de l'insectarium permettront un contrôle constant de la température et de l'humidité d'ambiance.

Les pièces seront éclairées au moyen de rampes à néon commandées manuellement ou par une horloge électrique qui les allume à 6 h et les éteint à 18 h.

Le renouvellement de l'air sera effectué par l'intermédiaire de caissons filtrants et de gaines d'aspiration reliées à un ventilateur centrifuge.

IV. CONDUITE DE L'ELEVAGE

1) Maintien des femelles reproductrices

Les femelles sont gardées dans des cages constituées d'une armature métallique inoxydable recouverte d'une housse en tulle (térylène noir ou tergal blanc) dont les mailles ont des dimensions permettant aux larves pondues de passer au travers, sans que les adultes puissent s'échapper.

On utilise soit des grandes cages de 25 x 13 x 5 cm pouvant contenir 50 femelles environ, soit des petites cages de 14 x 8,5 x 5 cm contenant au moins 20 femelles.

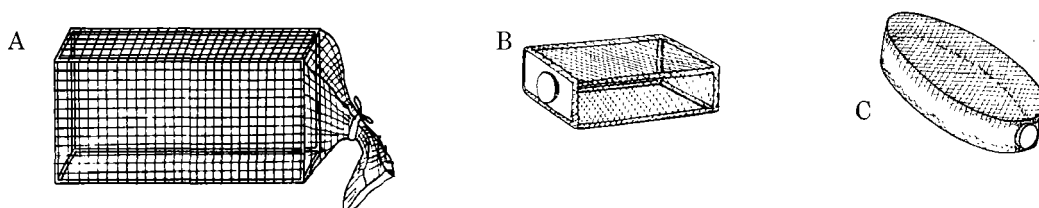


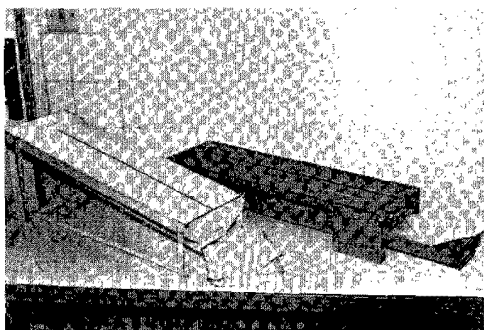
Figure n° 1 = A - Cage type Roubaud
B - Cage type Geigy
C - Cage confectionnée à partir de sections de tubes en plastique

Dans la cage "type Geigy", l'une des petites faces est fermée par une plaque percée d'un trou rond, par lequel on peut introduire ou prélever les mouches, et que l'on obture, entre temps, par un bouchon de liège. (fig. 1 B).

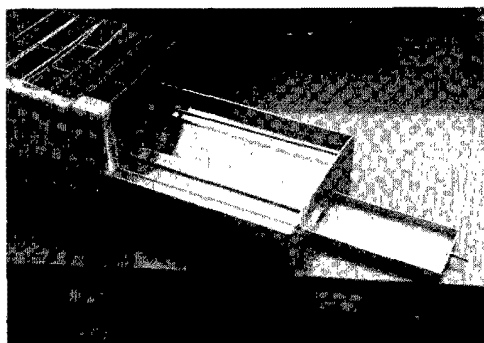
Dans la cage "type Roubaud", la housse en tulle débordé l'une des extrémités pour former un manchon qu'il suffit de fermer avec un lacet ou un élastique (fig. 1 A).

On peut fabriquer des cages moins onéreuses en découpant, dans des tubes en chlorure de polyvinyle de 12,5 cm de diamètre, des cylindres de 6 cm de hauteur dont les surfaces de section sont recouvertes de tulle collé sur le corps du tube (fig. 1 C). Le corps du cylindre est percé, de places en places, de petits trous pour permettre aux larves de s'échapper de la cage.

Quel que soit le modèle, les cages garnies de mouches sont disposées, en enfilade, par groupe de 10, dans des appareils métalliques (pondeurs) sous lesquels repose un tiroir garni de sable ou d'une feuille de tissu de papier (fig. 2 A et 2 B). Les larves pondues, passant à travers les mailles ou les trous des cages, tombent dans le tiroir où elles se transforment en pupe. Il suffit, chaque matin, de retirer le tiroir pour les récolter.



A



B



C

A - Pondeurs en usage à Maisons-Alfort
B - Pondeurs en usage à Langford
C - Séries de pondeurs sur étagères.

Figure n° 2

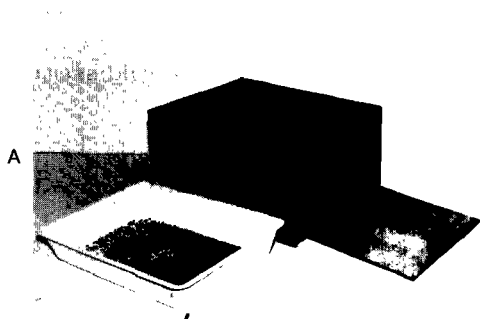
Les pondoirs sont disposés, côte à côte, sur des étagères, ce qui permet de stocker un grand nombre de femelles dans un espace réduit (fig. 2 C).

Des modèles de grandes cages parallélépipédiques, constitués d'une armature métallique ou de récipients en plastique de 10 litres dont deux côtés et le fond ont été remplacés par du tulle, ont été également mis au point, à Bobo-Dioulasso et à Vienne.

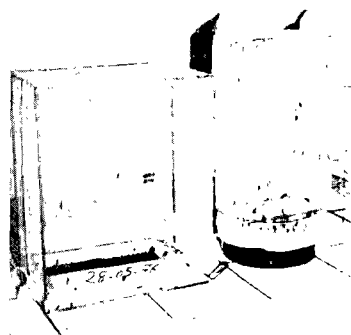
Elles peuvent contenir jusqu'à 200 mouches. Placés sur des étagères mobiles de grande capacité à plusieurs niveaux avec des collecteurs qui rassemblent les pupes, ces systèmes permettent de stocker jusqu'à 35 000 femelles et facilitent considérablement la récolte des pupes.

2) Récolte des pupes et des mouches nouvellement écloses.

Les pupes, récoltées chaque matin, sont rassemblées après comptage par lots correspondant à la ponte de un ou plusieurs jours dans des plateaux d'aluminium ou de plastique.



B



C

A - B - Plateau avec pupes et cage d'éclosion

(Maisons-Alfort)

C - Cages d'éclosions (Bobo-Dioulasso)

Figure n° 3

Une fois remplis, ils sont placés dans une cage à éclosion dont la partie inférieure peut être isolée pour séparer la cage du plateau en y emprisonnant les mouches écloses (fig. 3 A et 3 B).

La récolte des mouches écloses est effectuée chaque jour de la semaine en plaçant les cages d'éclosion, pendant quelques minutes, dans un bac métallique muni d'évents sur les côtés et dont le fond constitue un plan de travail. Ce bac est posé à l'intérieur d'un congélateur au fond duquel repose un petit ventilateur qui souffle de l'air froid à travers les événements et maintient la température à la surface du plan de travail entre 1° et 4°C. (fig. 4).

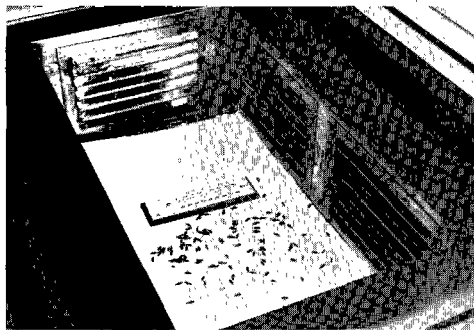


Figure n° 4 = Bac métallique pour anesthésie des mouches par refroidissement.

A cette température, les mouches sont rapidement immobilisées. La cage est alors ouverte ; les mouches tombent sur le plan de travail où s'effectue le tri et le décompte des mâles et des femelles, puis leur mise en cage.

Les mouches se réveillent dès qu'elles sont remises à la température de l'insectarium.

A condition que la température ne soit pas inférieure à 1°C et que l'exposition soit aussi brève que possible, l'anesthésie par le froid n'entraîne pas de mortalité chez les mouches nouvellement écloses (G. palpalis s.l, G. morsitans) et ne diminue ni leur longévité, ni leur taux de reproduction. Par contre, lorsque les individus ont déjà pris un ou plusieurs repas de sang, l'anesthésie par le froid entraîne une mortalité importante. Ce procédé ne peut donc être utilisé pour séparer les sexes après l'accouplement.

Certaines espèces, comme G. tachinoides, supportent mal l'exposition au froid. Les mouches doivent alors être capturées, dans la cage d'éclosion, une à une, avec un tube de verre pour être sexées et introduites dans les cages de mâles ou celles de femelles.

L'exposition au gaz carbonique (CO²) permet également d'endormir les mouches, mais ce procédé nécessite un approvisionnement régulier en CO² et un

appareillage assez complexe afin de maintenir une atmosphère constante en CO² dans l'enceinte contenant les Glossines. Celles-ci se réveillent en effet aussitôt qu'elles ne sont plus exposées à ce gaz.

3) Maintien des jeunes imagos

Après l'éclosion, les jeunes imagos sont répartis suivant leur sexe dans des cages différentes. Cette ségrégation est faite pour éviter les accouplements prématurés et permettre aux femelles d'être tranquilles et dans de bonnes conditions jusqu'à leur troisième jour.

Lorsque les femelles ont de 3 à 4 jours et les mâles de 7 à 10 jours, des mâles sont introduits dans les cages de femelles, où se produisent aussitôt les accouplements. Lorsque l'élevage est réalisé dans le but de produire des mâles stériles destinés aux lâchers sur le terrain, on ne conserve qu'un tiers environ des mâles normaux pour l'accouplement.

Ces mâles "étaçons" sont alors introduits en nombre égal à celui des femelles, dans les cages de celles-ci, puis séparés à nouveau 2 à 3 jours plus tard. Les mâles peuvent ainsi être utilisés pour 3 accouplements successifs, après une période de repos de 24 heures. Cette technique nécessite des séparations successives qui compliquent les manipulations. Aussi préfère-t-on généralement n'introduire qu'un mâle pour 3 femelles dans chaque cage, et les laisser jusqu'à leur mort en présence de celles-ci.

V. NUTRITION DES MOUCHES

Dans la plupart des laboratoires, les mouches sont nourries tous les jours, sauf le dimanche. Ce jour de jeûne ne modifie pas sensiblement la productivité de l'élevage, et permet d'assurer au personnel un repos hebdomadaire.

Jusqu'à ces dernières années, les mouches étaient nourries sur animaux vivants, cobayes, lapins ou chèvres, ce qui nécessitait la constitution d'un élevage de ces animaux, parallèlement à celui des mouches.

Depuis quelques années certains laboratoires ont réussi à alimenter leurs colonies, à travers des membranes de silicone, sur du sang de porc défibriné (G. m. morsitans et G. austeni à Langford (50), du sang de bovin défibriné (G. p. gambiensis, G. tachinoides, G. medicorum à Bobo-Dioulasso (8)), ou du sang de bovin et de porc hépariné et lyophilisé (G. p. palpalis à Seibersdorf (44)).

Il y a toutefois une période d'adaptation des insectes à ce type d'alimentation, pendant laquelle il est nécessaire de nourrir les colonies en régime

mixte, avec prise de sang sur animaux vivants 1 ou 2 jours par semaine. Enfin toutes les espèces de Glossines n'ont pas encore été adaptées à ce mode de nourriture. Il est donc nécessaire de conserver un certain nombre d'animaux hôtes nourriciers pour pouvoir pallier les défaillances de l'alimentation artificielle.

1) Alimentation sur animaux vivants

A côté de l'élevage des Glossines doit être organisé celui des hôtes nourriciers.

Ceux-ci pouvant être parfois difficiles à se procurer auprès d'éleveurs spécialisés, il est souvent préférable de les élever soi-même, ce qui implique la construction d'une animalerie, la disponibilité de pâturages ou de terrains pour les cultures fourragères et la présence d'un personnel spécialisé capable d'élever et de soigner ces animaux.

a) Cobayes

Les cobayes ont été les premiers animaux utilisés, notamment au Portugal (2), en Belgique (19, 77) et à Vienne où ils constituent toujours l'hôte vivant essentiel (78).

Dans ce dernier laboratoire, on utilise des cobayes albinos de 750 g, qui sont répartis en 3 groupes est utilisé 2 jours par semaine, avec des intervalles de 2 à 3 jours de repos.

Sous réserve que les cobayes soient bien nourris et soient l'objet de soins attentifs, chaque animal peut nourrir 250 mouches par jour de travail.

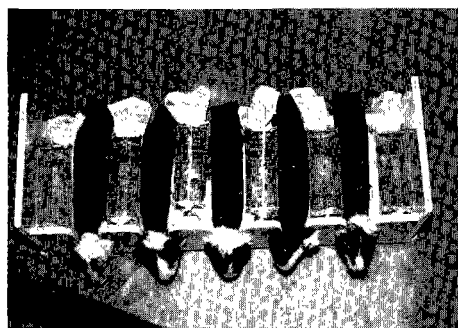
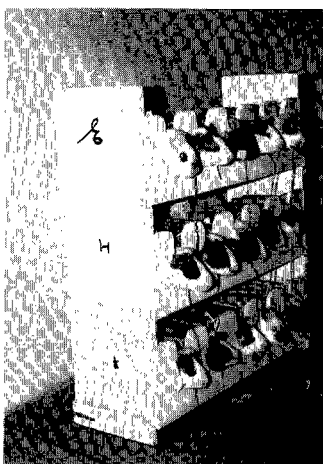


Figure n° 5 - Alimentation des glossines sur les flancs des cobayes.

Les animaux, dont les poils sur les flancs ont été raccourcis aux ciseaux ou tondus, sont placés dans des appareils de contention conçus de façon à ce que

les cages contenant les mouches soient étroitement appliquées contre leurs flancs (fig. 5), pendant 15 à 20 mn.

Les cobayes ont été également utilisés à Bobo-Dioulasso. Cependant le lapin, malgré les difficultés d'ordre pathologique et zootechnique de son élevage en milieu tropical, est préféré au cobaye en raison d'un meilleur rendement et d'une plus grande docilité (12).

b) Lapins

C'est avec les lapins que les meilleurs taux de reproduction chez les Glossines ont été obtenus (39, 58). Ces animaux, qui ont été d'abord utilisés à Langford, sont toujours utilisés à Maisons-Alfort et à Bobo-Dioulasso.

A Maisons-Alfort, on utilise des lapins de race Bouscat pesant au moins 4 kg achetés chez des éleveurs spécialisés. Pour nourrir les mouches, ces animaux sont placés dans une boîte de contention, de telle sorte que la tête soit apparente. Les oreilles reposent sur des ailettes latérales garnies de coussins. Les cages à mouches sont placées sur la face dorsale de chaque oreille et maintenues en place au moyen de bandes de toile garnie de velcro (fig. 6 A). Des lots de 8 lapins sont utilisés un jour par semaine, et restent au repos les 6 jours suivants. Les cages (14 x 8,5 x 5 cm), contenant de 40 à 50 mouches, ne sont maintenues sur l'oreille du lapin que pendant 4 à 5 mn, ce qui permet de nourrir la totalité des effectifs (35 000 mouches environ) en une matinée. Chaque mouche prenant en moyenne un repas tous les 2 ou 3 jours, un lapin alimente en conséquence 1 500 à 2 000 mouches dans une matinée par semaine.

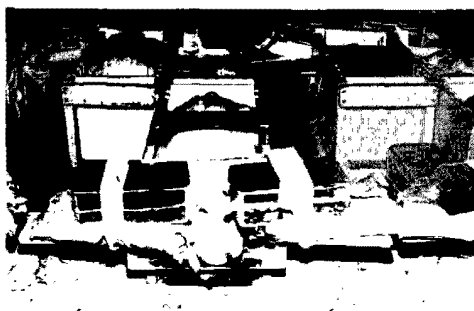


Figure N° 6 - A - Alimentation sur oreilles de lapins

Les lapins ne semblent pas souffrir de ce régime. Ils n'accusent pas de perte de poids, la longévité est bonne et les seules causes de mortalité constatées sont dues à une infection à Pasteurella qui sévit dans le clapier de façon endémique.

A Bobo-Dioulasso où la technique d'alimentation est très semblable, des lapins dits de race locale, achetés sur le marché, ont été croisés avec des géniteurs

de plus grand format issus d'un élevage de Côte-d'Ivoire. Les descendants sont élevés dans des bâtiments construits avec des matériaux locaux : briques de latérite pour les murets, troncs de rônier pour les piliers et la charpente, paille pour la toiture.

Le bâtiment est divisé par des petits murets de briques en boxes de 3 x 4 m, dont chacun héberge un lot minimal de 30 lapins nourriciers. Chaque lot est utilisé un jour par semaine et nourrit une colonie d'environ 50 000 femelles de Glossines. Les mouches étant alimentées tous les jours sauf le dimanche, l'effectif des lapins nourriciers doit être au moins de 200 individus. En outre, 3 ou 4 mâles étalons et 20 à 25 lapines et leurs lapereaux assurent le maintien de l'effectif et le remplacement des individus morts en cours d'année.

Malgré des difficultés d'ordre zootechnique (reproduction, alimentation) et pathologiques (pneumopathies notamment), inhérentes aux conditions d'élevage du lapin en milieu tropical, la durée moyenne d'utilisation des animaux nourriciers est de 1 an environ.

c) Chèvres

Ces animaux ont, avant l'adoption de l'alimentation artificielle, donné des résultats très satisfaisants à Langford. 6 cages, constituées d'une armature métallique de 25,4 x 12,7 x 5,0 cm, recouvertes d'un tulle en térylène noir, et contenant 25 mouches par cage, étaient placées sur les flancs des chèvres (3 cages de chaque côté), pendant 15 mn (fig. 6 B). Les flancs des chèvres étaient tondus tous les 15 jours, mais non rasés. Tous les animaux étaient lavés au savon et à l'eau chaude, tous les 2 mois. En outre, chaque chèvre était testée, tous les 4 mois environ, pour déterminer son aptitude en tant qu'hôte nourricier. La proportion de mâles à jeun, âgés de 2 jours, qui se nourrissent sur l'animal, fournit un "index d'aptitude-hôte", qui ne doit pas être inférieur à 80 p.100. L'inaptitude peut soit être causée par une sensibilisation à la salive des mouches, soit être due à l'épaisseur et au durcissement de la peau, ou à un mauvais état général, consécutif au grand âge ou à la parturition (59).

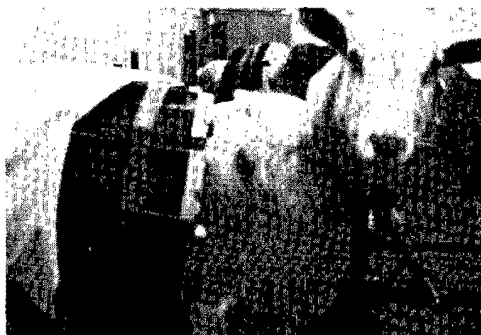


Figure n° 6 - B - Alimentation sur les flancs des chèvres.

Une chèvre adulte de 73 kg pouvait ainsi nourrir 800 mouches tous les 3 jours. Les cages étaient fixées sur les flancs des chèvres, au moyen de bandes élastiques de façon à assurer un étroit contact avec la surface cutanée.

Les chèvres ont également été utilisées pour nourrir la colonie de G. m. morsitans du Tsetse Research Project de Tanga, en Tanzanie. 500 chèvres originaires du Kenya, d'un plus grand format que la plupart des chèvres africaines, et 130 lapins à oreilles pendantes de race néo-zélandaise, ont ainsi permis d'alimenter, pendant toute la durée du projet, une colonie de 60 000 mouches (17).

d) Veaux, moutons et porcs

Des recherches effectuées à Langford avec de grands animaux utilisés comme hôtes nourriciers ont montré que, si les porcs et les moutons sont peu maniables, la nourriture sur veaux donne des résultats satisfaisants, bien que les déjections de ces animaux et leur manipulation posent des problèmes dans les conditions d'élevage en laboratoire en Europe. Cependant, en Afrique, où les conditions climatiques peuvent permettre de nourrir les mouches hors du laboratoire, l'utilisation des veaux ou même de bovins adultes peut présenter moins de difficultés (37).

2) Nourriture artificielle

a) Historique

Les recherches sur l'alimentation artificielle ont essentiellement été motivées par :

- les difficultés, notamment d'ordre pathologique, en particulier en région tropicale, de l'élevage des animaux nourriciers,
- les recherches sur la physiologie des Glossines, qui nécessitent l'utilisation de milieux alimentaires de composition définie,
- le facteur limitant que présente l'utilisation des animaux nourriciers classiques pour le maintien de grands effectifs de Glossines nécessaires, notamment, pour la réalisation de la lutte génétique.

Après quelques essais limités, dans lesquels différents types de membrane d'origine animale ont été expérimentés, les premières expériences ayant donné des résultats notables ont été réalisés, dès 1969, en Angleterre (43) avec G. m. morsitans qui était nourrie avec du sang défibriné de boeuf étalé sur une plaque de verre et recouvert d'une membrane constituée d'une couche d'agar-agar dans laquelle était incorporée un tulle de térylène.

MEWS (49), qui interposait entre le sang et la membrane une feuille de parafilm, fit des essais avec un régime mixte comprenant une alimentation hebdomadaire de 5 jours sur sang défibriné de boeuf, et d'1 jour sur lapin vivant.

L'obstacle majeur de l'alimentation artificielle semble constitué par la nature de la membrane. Des expériences multiples, réalisées avec des matériaux biologiques ou inertes du point de vue chimique : peau de rat (67), membrane alaire de chauve-souris (10), intesction de mouton ou de boeuf (67), diverses variétés de silicone (6, 9, 64), ont permis de définir le type de membrane qui est le plus couramment utilisé à l'heure actuelle (silicone RTWM 539) (6, 9).

Après que plusieurs auteurs aient expérimenté les sangs de diverses espèces animales (porc, cheval, boeuf, poule), et divers traitements de sang, ce sont les recherches de MEWS (50) qui ont permis d'élever pour la première fois, avec de bonnes performances, des colonies de G. m. morsitans et de G. austeni au laboratoire de Langford (Bristol, England).

Cette technique a ensuite été adoptée par plusieurs laboratoires ou centre de recherches, qui cherchent à la perfectionner et à l'adapter à d'autres espèces de glossines ;

- laboratoire de l'Agence Internationale de l'Energie Atomique à Vienne (G. m. morsitans, G. p. palpalis puis G. pallidipes) ;
- C.R.T.A. de Bobo-Dioulasso en Burkina (G. p. gambiensis, G. tachinoides, G. m. submorsitans, G. medicorum).

Divers essais ayant montré que le sang de porc donnait les meilleurs résultats, des recherches sont en cours pour comparer la valeur nutritive du sang de différentes espèces et identifier les facteurs en cause. L'explication n'est toujours pas trouvée et des équipes de chercheurs se penchent actuellement sur ce sujet.

b) Description du système d'alimentation actuellement utilisé

1) Structure (fig. 7)

L'ensemble de l'appareil se compose des 3 parties suivantes (de bas en haut) :

- une plaque chauffante et aluminium, munie de résistances électriques et d'un thermostat, permettant d'avoir une température de 38° à 40°C. Très récemment, le laboratoire de Bristol et le C.R.T.A. de Bobo-Dioulasso ont adopté des batteries d'ampoules électriques ordinaires pour chauffer les plaques.

- un support de caoutchouc, de verre ou d'aluminium, généralement rayé ou alvéolé qui reçoit la couche de sang. Les matériaux sont choisis pour leur aptitude à être facilement manipulés, lavés et stérilisés (étuve à 90°C).
- une membrane de silicone (*) (400 à 600 μ) obtenue par laminage sur un moule P.V.C. avec un rouleau à pâtisserie.

2) Le sang

Le sang est coulé en couche mince (100 ml pour 2 000 cm²) sur le support et recouvert par la membrane de silicone.

2.1. Récolte

Des conditions de stérilité parfaite sont indispensables lorsqu'on utilise les techniques de nourriture artificielle. Si ces conditions d'aseptie ne sont pas respectées, des mortalités importantes se produisent chez les mouches, dont l'abdomen devient noir, et dont le contenu intestinal renferme des bactéries du genre Pseudomonas, Aeromonas, Flavobacterium, Micrococcus, etc., causes de mortalité (5).



Figure n° 7 - Mise en place du sang entre la membrane en silicone et la base en caoutchouc

Dans la plupart des laboratoires, le sang est recueilli à l'abattoir municipal au moment de la saignée des animaux.

(*) Les produits nécessaires (silicone RTV M 539, durcisseur T. 35 ou T. 46, huile AK 35) sont fabriqués par la Société WACKER CHEMIE, à Munich (R.F.A.) et peuvent être obtenus auprès de son représentant en France, les Etablissements PROMECONE, 68, Avenue du Général Michel Bizot, 75012 Paris.

Après anesthésie électrique, l'animal est soit trocardé (Bristol), soit égorgé (Vienne et Bobo-Dioulasso). Le sang est récupéré dans un flacon de 5 à 10 litres. (fig. 8).



Figure n° 8 - Trocart à saigner, tube d'évacuation et flacon de récolte (sang prélevé à l'abattoir de Bobo-Dioulasso).

2.2. Traitement

Le sang est en général immédiatement défibriné avec un agitateur mécanique manuel (fig. 9), ou électrique, avant d'être ramené au laboratoire. Certains Centres (Bobo-Dioulasso) font également usage de sang hépariné (4.U.I./ml).



Figure n° 9 - Défibrination immédiate du sang récolté (4 litres/flacon).

Le sang est additionné, selon les méthodes de conservation, de glucose (100 mg/100 ml à Bobo-Dioulasso) et d'A.T.P. (70 mg/100 ml).

Le glucose joue un rôle protecteur des hématies contre l'effet d'hémolyse lorsque l'irradiation est utilisée, tandis que l'A.T.P. favorise une meilleure prise de sang par les Glossines.

2.3. Conservation

Après la récolte et le traitement, le sang est stocké au réfrigérateur à 4° - 5°C.

D'autres techniques sont parfois utilisées. Le laboratoire de Vienne a employé la congélation à -20° mais le sang, après décongélation, ne permet pas de bonnes performances des Glossines qui s'en sont nourries.

Des expériences avec du sang lyophilisé (Vienne, Bobo-Dioulasso, Vom) n'ont pas permis d'obtenir des résultats très concluants pour le moment. De plus ces 2 techniques n'ont pas d'effets stérilisants sur la flore microbienne en cas de contaminations éventuelles.

L'irradiation a été utilisée à Hanovre (7) en 1979 par BAUER avec d'excellents résultats si bien que cette technique est actuellement retenue à Bobo-Dioulasso. Depuis, elle a également été utilisée à Vienne et à Vom. Appliquée à une dose comprise entre 50 et 100 Krad, (rayons gamma), elle assure une stérilisation du sang vis-à-vis de la flore bactérienne courante. De plus, elle inhibe l'évolution des trypanosomes, souvent présents dans le sang du bétail local.

Le sang est ensuite stocké au réfrigérateur et n'est utilisé que 24 heures après l'irradiation afin de permettre la décantation de certains radicaux issus des effets du rayonnement gamma. Il est utilisable durant 7 à 10 jours.

L'utilisation d'antibiotiques ou de sulfamides n'est pas envisageable car ces produits, en supprimant les symbiotes intestinaux et ovariens, compromettent la fertilité et la vie des femelles de Glossines (82, 14, 74, 63, 70).

Il en est de même des trypanocides dont les effets sont sensibles en particulier sur la mortalité des femelles (74).

Le sang importé d'Europe risque de contenir des substances indésirables (antibiotiques, sulfamides, hormones, tranquillisants, etc.) souvent très nocives pour les Glossines. Il est donc préférable, en Afrique, de s'approvisionner sur place. Cependant, l'emploi de plus en plus généralisé de divers médicaments, en particulier les trypanocides, constitue un risque pour l'avenir.

En conclusion, la méthode, dont la fiabilité est prouvée après plusieurs années d'utilisation sur le terrain en Afrique (8), est la suivante :

- grandes plaques (220 x 45 cm) chauffées par des ampoules électriques,
- support et membrane en silicone,
- sang défibriné et irradié.

3. Régime alimentaire

Les essais avec le sang défibriné utilisé seul ont montré que les effectifs des colonies de Glossines ainsi nourries demeuraient stationnaires en raison d'une insuffisance qualitative du sang qui compromet leur fertilité. Seule une colonie de G. m. morsitans (Bristol) et une colonie de G. p. palpalis (Vienne) sont élevées actuellement avec de bons résultats.

Au C.R.T.A. de Bobo-Dioulasso, le sang défibriné de boeuf permet une bonne croissance des Glossines à condition qu'elles soient nourries soit pendant les 4 premiers jours sur lapin, puis uniquement sur membrane, soit 6 jours par semaine sur sang défibriné et 1 jour sur lapin.

Ce système a permis d'augmenter considérablement les effectifs de Glossines (jusqu'à 300 000 femelles) avec un nombre très réduit d'animaux nourriciers.

Très récemment, des essais ont eu lieu en Grande-Bretagne avec des régimes de composition totalement artificielle faisant appel à des produits du commerce (Kaboya). Pour le moment, ces régimes ne permettent pas la reproduction des Glossines.

VI. EVOLUTION ET PRODUCTIVITE DES ELEVAGES DE GLOSSINES

L'expérience montre qu'un élevage de Glossines doit, pour avoir une productivité satisfaisante, répondre aux critères suivants :

- le taux de mortalité journalière des femelles ne doit pas dépasser 2 p.100 de l'effectif total ;
- le nombre des pupes produites par une femelle, en 30 jours, doit être au moins égal à 1,8 ;
- le pourcentage d'éclosion doit dépasser 85 p.100.

Pour se rendre compte de l'état de l'élevage et suivre son évolution il est donc nécessaire de tenir des livres d'élevage où l'on enregistre tous les événements qui s'y déroulent, afin de déceler toute anomalie et d'en corriger les effets. Les données recueillies sont ensuite regroupées sur des fiches qui synthétisent les

mortalités des femelles à l'éclosion, avant l'accouplement, pendant la période productive, ainsi que le nombre de pupes produites, le nombre et le sexe des individus qui en sont éclos, etc.

A partir de ces fiches, il est possible d'exprimer, sous forme mathématique, la productivité d'un élevage.

Les élevages en cours de création sont dits en "phase d'expansion". Ceux qui sont suffisamment productifs pour qu'on puisse en retirer régulièrement des individus pour les besoins de la recherche ou pour la lutte génétique sont dits en "phase stationnaire".

1) Elevage en phase d'expansion

Un élevage est en "phase d'expansion" lorsque tous les descendants produits sont réintroduits dans la colonie. Une telle population, soumise à des conditions constantes, sans qu'aucune limitation ne soit imposée à sa croissance, avec une fécondité et une longévité moyennes non affectées par les modifications de la densité, approchera d'une forme fixe de répartition des âges. La population aura alors un taux de croissance exponentiel assuré par la fonction :

$$N_t = N_0 e^{r_m t}$$

ou t est l'intervalle de temps, en jours,

N_0 , l'effectif des femelles au temps 0,

N_t , l'effectif des femelles au temps t ,

r_m , le coefficient naturel d'accroissement. Cette valeur, qui est caractéristique de l'espèce considérée, est en outre fonction des conditions dans lesquelles la population est élevée.

Le coefficient r_m peut être obtenu directement de l'équation $N_t = N_0 e^{r_m t}$ à partir des effectifs réels des femelles, lorsque l'élevage est en phase d'expansion, mais cette valeur ne représente pas alors le taux de croissance optimal de l'espèce.

Le taux de croissance théorique optimal, sera obtenu au moyen de tables de vie (tableau n° 1) établies à partir de lots de femelles choisies en fonction des meilleurs pourcentage d'éclosion, durée de vie, rythme de ponte et quantités de pupes obtenues.

La durée totale de vie des femelles, depuis la ponte à l'état larvaire jusqu'à la mort des dernières femelles reproductrices, est divisée en groupes d'âge (g_x) de 9 ou 10 jours, correspondant à la période interlarvaire. Les 3 premiers groupes d'âge (0 à 2) correspondent à la vie pupale. Les éclosions se produisent

TABL. N°1-Exemple de table de vie

(Données obtenues à partir d'un groupe de 177 femelles de *G. p. gambiensis*)

1	2	3	4	5	6
g_x	x	l_x	m_x	$l_x m_x$	$e^{-r_m x} l_x m_x$
0	5	1,000	0	0	
1	15	1,000	0	0	
2	25	1,000	0	0	
3	35	0,936	0	0	
4	45	0,858	0	0	
5	55	0,838	0,118	0,0988	0,05859
6	65	0,809	0,224	0,1812	0,09772
7	75	0,775	0,362	0,2805	0,13756
8	85	0,756	0,359	0,2714	0,12103
9	95	0,722	0,409	0,2953	0,11976
10	105	0,674	0,356	0,2399	0,08847
11	115	0,625	0,360	0,2250	0,07546
12	125	0,586	0,446	0,2613	0,07969
13	135	0,509	0,428	0,2178	0,06040
14	145	0,470	0,428	0,2011	0,05072
15	155	0,426	0,369	0,1572	0,03605
16	165	0,349	0,388	0,1354	0,02824
17	175	0,281	0,275	0,0772	0,01464
18	185	0,203	0,452	0,0917	0,01581
19	195	0,145	0,333	0,0482	0,00756
20	205	0,082	0,382	0,0313	0,00446
21	215	0,053	0,500	0,0265	0,00343
		$\sum_{x=0}^{21} l_x =$ 13,097		$\sum_{x=0}^{21} l_x m_x =$ 2,8398	$\sum_{x=0}^{21} e^{-r_m x} l_x m_x =$ 0,99959 pour $r_m = 0,0095$

Légende :

 g_x = classe d'âge ; x = âge central de la classe correspondante ; l_x = probabilité de survie des femelles ; m_x = fécondité spécifique.(l'unité de temps de r_m est 1 jour et les valeurs de x sont exprimées en jours).

dans le groupe d'âge $g_x 3$, la classe $g_x 4$ ne comprend que des jeunes femelles non reproductrices ; les pontes (femelles reproductrices) commencent à partir de $g_x 5$.

On considère qu'il n'y a pas de mortalité pendant la vie pupale. Les mortalités correspondantes et la mortalité à l'éclosion sont rassemblées dans le groupe d'âge $g_x 3$. Dans la classe $g_x 4$ on tient compte de la mortalité des jeunes femelles avant la ponte. A partir de $g_x 5$ figurent les proportions de femelles reproductrices survivantes dans chacun des groupes d'âge correspondant. On établit ainsi la probabilité (1) de survie des femelles à chaque classe d'âge.

La fécondité spécifique m_x est exprimée en larves femelles. Elle est obtenue en divisant la moitié du nombre de pupes produites (le sex-ratio étant de

1/1 à la ponte) pendant la période g_x correspondante par le nombre de femelles survivant pendant cette période.

A partir de ces données, on calcule pour chaque groupe d'âge $e^{-r_m x} l_x m_x$ par essais-erreurs des différentes valeurs possibles de r_m , telles que :

$$\sum_0^n e^{-r_m x} l_x m_x = 1$$

Le calcul des valeurs de r_m permet de connaître le temps de doublement de la population, qui est un facteur constant dans le cas d'une croissance exponentielle, et de faire ainsi des prévisions sur une ou plusieurs années.

2) Elevage en phase stationnaire

Une colonie est en "phase stationnaire" lorsque, ayant atteint une dimension donnée, les effectifs sont maintenus à un niveau constant par retrait des descendants en excédent, qui sont ainsi disponibles pour des travaux de recherche divers et, en particulier, pour la lutte génétique. Le rendement d'une telle colonie peut être simplement mesuré par le nombre de descendants en excédent qui peuvent être soustraits de l'élevage sans que l'effectif des femelles diminue.

Les nombres théoriques d'individus disponibles, à l'état pupal ou à l'état adulte, dans des élevages de Glossines en phase stationnaire, dont on connaît les coefficients d'accroissement r_m , seront obtenus par la méthode de MONRO et OSBORN (53) adaptée aux Glossines par CURTIS et JORDAN (15).

A partir d'un élevage en phase stationnaire de N mouches adultes, les nombres de pupes de chaque sexe disponibles par semaine seront obtenus en résolvant l'équation :

$$\frac{\frac{7}{10} N_{13} \left[\sum_0^n (l_x m_x) - 1 \right]}{\sum_3^n l_x}$$

dans laquelle $l_3 \sum_0^n (l_x m_x)$ et $\sum_3^n l_x$ sont obtenus à partir des tables de vie.

Le facteur $7/10$ permet de passer des unités de temps de 10 jours aux unités de temps d'une semaine. Si la période interlarvaire, et donc les groupes d'âge g_x , sont de 9 jours, le facteur correspondant sera $7/9$.

n correspond au groupe d'âge au-delà duquel les femelles ne sont plus conservées, en raison du déclin de leur fécondité spécifique.

Dans un élevage destiné à la production de mâles stériles, pour des campagnes de lutte génétique, on aura intérêt à conserver le minimum de mâles reproducteurs. Si l'on estime qu'un mâle peut effectuer au moins 3 accouplements, le nombre de jeunes mâles adultes disponibles chaque semaine sera donné par l'équation :

$$\frac{\frac{7}{10} N \frac{1}{3} \left[\sum_0^n (1_x m_x) - \frac{1}{3} \right]}{\sum_3^n 1_x}$$

Dans le tableau n° II figurent les estimations ainsi effectuées pour des élevages de G. palpalis gambiensis et de G. austeni en phase stationnaire.

TABLEAU N° II

Espèces	Valeur de r	Excédent de pupes viables		Excédent de jeunes mâles adultes	
		quantité hebdomadaire de pupes de chaque sexe pour une colonie de N mouches adultes	dimension de la colonie pour une production excédentaire de 10.000 pupes de chaque sexe par semaine	quantité hebdomadaire de mâles disponibles pour une colonie de N mouches adultes	dimension de la colonie pour une production excédentaire de 10.000 mâles par semaine
<u>G.p. gambiensis</u> (**) (nourri sur lapin)	0,0095	0,119 N	84.000 adultes	0,162 N	62.000 adultes
<u>G. austeni</u> (***) (nourri sur chèvre)	0,0157	0,208 N	48.000 adultes	0,250 N	40.000 adultes
<u>G. austeni</u> (***) (nourri sur lapin)	0,0173	0,251 N	40.000 adultes	0,295 N	34.000 adultes

(*) - ITARD (J.) 1976 (25) ; (**) - JORDAN (A.M.), CURTIS (C.F.) 1972 (36).

VII. CONCLUSIONS

L'élevage des Glossines, qui avait la réputation d'être difficile il y a seulement une vingtaine d'années, est maintenant réalisé avec succès dans plusieurs laboratoires. Les techniques mises au point permettent de maintenir en élevage des effectifs comportant plusieurs milliers d'individus, et le taux d'accroissement de ces populations dépasse le plus souvent les taux d'accroissement des populations naturelles de Glossines, même aux époques les plus favorables de l'année.

L'élevage des mouches tsé-tsé est presque devenu une science exacte, non seulement en raison des techniques utilisées, mais également en raison des méthodes mathématiques qui permettent de juger des performances des colonies et de prévoir les quantités d'individus disponibles. Celles-ci représentent environ la moitié de la reproduction annuelle de pupes ou, par semaine, entre 12 et 29 p.100 de l'effectif

total des mouches adultes, suivant l'espèce, le mode d'alimentation et le stade où se trouvent les individus retirés de l'élevage. En pratique cependant, il sera prudent de prévoir une marge de sécurité, et de conserver un nombre plus élevé de pupes que les calculs ne le prévoient, de façon à compenser les mortalités élevées qui peuvent se produire de temps à autre, même dans les élevages les mieux surveillés, par suite, par exemple, de contamination accidentelle par insecticide.

Le coût d'un élevage de mouches tsé-tsé sera toujours plus important que ne l'est celui d'un insecte ovipare, même si les méthodes d'alimentation artificielle se généralisent.

En raison de la larviparité des Glossines, la productivité des élevages des espèces de ce genre ne pourra vraisemblablement pas dépasser les valeurs maximales calculées par les chercheurs de Langford pour G. austeni et G. morsitans.

Les progrès accomplis depuis 20 ans sont néanmoins considérables et les élevages existants actuellement permettent de subvenir largement aux besoins de la recherche. Des colonies aussi productives ont été établies en Afrique depuis ces dernières années, ce qui a permis de réaliser des programmes de lutte génétique sur le terrain et d'effectuer les recherches que nécessitent les projets de lutte biologique.

Resumen

ITARD (J.), BAUER (B.). Cría de las glosinas. Síntesis. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1984, 37 (N° spécial) : 143-175

Después de una breve reseña histórica, los autores describen las diferentes modalidades puestas a punto, durante los 20 últimos años, para obtener crías autónomas a veces llegando a un número considerable de glosinas gracias a las cuales se pudo realizar la lucha genética : obtención de los primeros individuos, realización de las condiciones climáticas, mantenimiento y manipulación de las moscas, alimentación sobre animales vivos y a través de membranas sintéticas. Fórmulas matemáticas permiten calcular los números de individuos disponibles para la búsqueda y la lucha.

Palabras claves : Glosinas - Cría - Alimentación.

Bibliographie

1. AZEVEDO (J.F. de). Sublethal toxicity of DDT to tsetse fly. Toxicology, biodegradation and efficacy of livestock pesticides. Amsterdam, 1972. pp. 398-409.
2. AZEVEDO (J.F. de), COSTA PINHAO (R.da). The maintenance of a laboratory colony of Glossina morsitans since 1959. Bull. Org. mond. Santé, 1964, 31 : 835-841.

3. AZEVEDO (J.F. de), COSTA PINHAO (R.da). Prospects offered by the laboratory breeding of Glossina morsitans colony of Lisbon. Control of Livestock insect pests by the sterile male technique - Proc. of a panel. I.A.E.A. Vienna, 1967.
4. AZEVEDO (J.F. de) COSTA PINHAO (R.da), SANTOS (A.M.T. dos), FERREIRA (A.E.). Studies carried out with the Glossina morsitans colony of Lisbon. I. Some aspects of the evolution of the Glossina morsitans colony in Lisboa. An. Esc. nac. Saude publ. Med. trop., Lisboa, 1968, 2 : 19-42.
5. BAUER (B.). Bacterial infections in Glossina morsitans West fed through membranes. Third international Congress of Parasitology, Munchen, 25-31 August 1974, 2 : 943.
6. BAUER (B.), AIGNER (H.). In vitro maintenance of Glossina palpalis palpalis (Robineau-Desvoidy) (Diptera, Glossinidae). Bull. ent. Res., 1978, 68 : 393-400.
7. BAUER (B.), IVANNEK (K.H.), HAMANN (H.J.), ADAMSKY (G.). Use of gamma-irradiated blood for feeding tsetse flies. Isotope and radiation research on animal diseases and their vectors Proc. Symp. Vienna, 1979. Vienna, I.A.E.A., 1980 : 319.
8. BAUER (B.), POLITZAR (H.). Laboratory maintenance of Glossina palpalis gambiensis in West Africa : preliminary results of rearing on membranes - Sterile insect technique and radiation in insect control - Proc. of a symposium, Neuherberg, 29 June - 3 July 1981. Vienna, I.A.E.A., 1982 : 255-263.
9. BAUER (B.), WETZEL (H.). A new membrane for feeding Glossina morsitans Westw. (Diptera, Glossinidae). Bull. ent. Res., 1976, 65 : 563-565.
10. BALOGUIN (R.A.). Maintenance of Glossina palpalis fed through bat's wing membrane on defibrinated blood. Acta trop., 1977, 34 : 321-325.
11. BOURDOISEAU (G.), BASSINGA (A.). Bilan de deux années d'élevage du lapin en zone tropicale. Sci. Techn. Anim. Lab., 1980, 5 (1) : 31-41.
12. BOURDOISEAU (G.), BASSINGA (A.). Bilan comparatif des élevages de lapins et de cobayes, utilisés en Haute-Volta, pour nourrir une colonie de Glossina palpalis gambiensis (Diptera, Muscidae). Sci. Techn. Anim. Lab., 1980, 5 (1) : 25-29.
13. CUISANCE (D.), POLITZAR (H.). Elevage de Glossina palpalis gambiensis en Afrique ; bilan de six années d'élevage sur animaux nourriciers - Sterile insect technique and radiation in insect control. Proc. of a symposium, Neuherberg, 29 June - 3 July 1981 - Vienna, I.A.E.A., 1982 : 137-146.

14. CUISANCE (D.), SELLIN (E.), TAZE (Y.), POLITZAR (H.). Effets sur Glossina palpalis gambiensis de substances médicamenteuses administrées au lapin hôte-nourricier. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1979, 32 (1) : 37-46.
15. CURTIS (C.F.), JORDAN (A.M.). Calculations of the productivity of Glossina austeni. Newst. maintained on goats and on lop-eared rabbits. Bull. ent. Res., 1970, 59 (4) : 651-658.
16. CURTIS (C.F.), LANGLEY (P.A.). Use of nitrogen and chilling in the production of radiation induced sterility in the tsetse fly Glossina morsitans. Ent. exp. appl., 1972, 15 : 360-376.
17. DAME (D.A.), WILLIAMSON (D.L.), COBB (P.E.), GATES (D.B.), WARNER (D.V.), MTUYA (A.G.), BAUMGARTNER (H.). Integration of sterile insects and pesticides for the control of tsetse fly Glossina morsitans morsitans. Isotope and radiation research on animal diseases and their vectors. Proc. of a symposium, Vienna, 7-11 May 1979. Vienna, I.A.E.A., 1980 : 267-278.
18. EVENS (F.). Recherches sur l'élevage et la biologie de Glossina palpalis martini. Inst. r. Qc. nat. belge Mem., 1954, 2e série, (54) : 1-75.
19. EVENS (F.). L'élevage des glossines. Bull. Org. mond. Santé, 1964, 31 (4) : 521-525.
20. EVENS (F.), VAN DER VLOEDT (A.). The rearing of Glossina palpalis and Glossina quanzensis. Criação de mosca tsetse em laboratorio e sua aplicação pratica. 1er Symp. int. 1969, Coordenação de J. FRAGA de AZEVEDO, Lisboa, 1970 : 97-102.
21. GEIGY (R.). Elevage des Glossines palpalis. Acta trop., 1948, 5 : 201-218.
22. ITARD (J.). Elevage, cytogénétique et spermatogénèse des insectes du genre Glossina. Stérilisation des mâles par irradiation gamma. Annls Parasit. hum. comp., 1971, 46 : 35-66.
23. ITARD (J.). Techniques d'élevage des Glossines. Perspectives offertes pour l'utilisation de la méthode de lutte par lâchers de mâles stériles. Bull. Off. int. Epiz., 1971, 76 : 307-318.
24. ITARD (J.). Glossina breeding techniques. Possibilities for the use of the control method involving the release of sterile males. I.S.C.T.R., Publ. n° 105, Lagos, 1971 : 231-236.
25. ITARD (J.). Situation actuelle des élevages de Glossines à l'I.E.M.V.T. (Maisons-Alfort). Colloque sur les moyens de lutte contre les trypanosomes et leurs vecteurs, I.E.M.V.T., Paris, 12-15 mars 1974 : 51-53.

26. ITARD (J.). L'élevage de Glossina palpalis gambiensis Vanderplank, 1949 (Diptera, Muscidae) à Maisons-Alfort. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1976, 29 (1) : 43-58.
27. ITARD (J.), GRUVEL (J.). Description d'un appareil destiné au stockage des femelles de Glossines et à la récolte des pupes. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1969, 22 (2) : 289-292.
28. ITARD (J.), JORDAN (A.M.). Mass rearing using animals for feeding. In : Laird (M.) ed., "Tsetse. The future biological methods in integrated control". Ottawa, IDRC, 1977 : 125-140. (IDRC-077e).
29. ITARD (J.), MAILLOT (L.). Notes sur un élevage de Glossines (Diptera, Muscidae) entrepris à partir de pupes expédiées d'Afrique à Maisons-Alfort (France). Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1966, 19 : 29-44.
30. ITARD (J.), MAILLOT (L.). Les élevages de Glossines à Maisons-Alfort. Criação de mosca tsetse em laboratorio e sua aplicação pratica. 1er Symp. int. 1969, Coordenação de J. FRAGA de AZEVEDO, Lisboa, 1970 : 125-136.
31. ITARD (J.), MAILLOT (L.), BRUNET (J.), GIRET (M.). Observations sur un élevage de Glossina tachinoides West., après adoption du lapin comme animal hôte. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1968, 21 (3) : 387-403.
32. JORDAN (A.M.). The inseminating potential of male Glossina austeni Newst. and G. morsitans morsitans Westw. (Diptera, Glossinidae). Bull. ent. Res., 1972, 62 (2) : 319-325.
33. JORDAN (A.M.). The optimum use of males in colonies of Glossina morsitans morsitans West. and G. austeni Newst. Trans. r. Soc. trop. Med. Hyg., 1972, 66 (2) : 320.
34. JORDAN (A.M.). The effect of sulphaquinoxaline in rabbit food on the performance of colonized Glossina austeni and G. m. morsitans. Trans. r. Soc. trop. Med. Hyg., 1974, 68 (2) : 157-158.
35. JORDAN (A.M.). Performance of the Langford animal fed colonies of Glossina, 1973. Colloque sur les moyens de lutte contre les trypanosomes et leurs vecteurs, I.E.M.V.T., Paris, 12-15 mars 1974 : 55-56.
36. JORDAN (A.M.), CURTIS (C.F.). Productivity of Glossina austeni Newst. maintained on lop eared rabbits. Bull. ent. Res., 1968, 58 (2) : 399-410.
37. JORDAN (A.M.), CURTIS (C.F.). Productivity of Glossina morsitans morsitans Westwood maintained in the laboratory, with particular reference to the sterile-insect release method. Bull. Org. mond. Santé, 1972, 46 (1) : 33-38.

38. JORDAN (A.M.), NASH (T.A.M.), BOYLE (J.A.). The large scale rearing of Glossina austeni Newst. in the laboratory. II. The use of calves as hosts on seven days of the week. Ann. trop. Med. Parasit., 1966, 60 (4) : 461-468.
39. JORDAN (A.M.), NASH (T.A.M.), BOYLE (J.A.). The rearing of Glossina austeni Newst. with lop eared rabbits as hosts. I. Efficacy of the method. Ann. trop. Med. Parasit., 1967, 61(2) : 182-188.
40. JORDAN (A.M.), NASH (T.A.M.), TREWERN (M.A.). The performance of crosses between wild and laboratory bred Glossina morsitans orientalis Vanderplank. Bull. ent. Res., 1970, 60 : 333-337.
41. JORDAN (A.M.), TREWERN (M.A.). Sub-lethal effect of sulphaquinoxaline on the tsetse fly, Glossina austeni Newst. Nature, Lond., 1973, 245 (5426) : 462.
42. KERNAGHAN (R.J.), NASH (T.A.M.). A technique for the dispatch of pupae of Glossina and other insects by air from the tropics. Ann. trop. Med. Parasit., 1964, 3 : 355-358.
43. LANGLEY(P.A.) & MALY (H.). Membrane feeding technique for tsetse flies (Glossina spp.). Nature, Lond. 1969, 221, : 855-856.
44. LUGER (D.). Use of freeze-dried blood for mass rearing tsetse flies - Sterile insect technique and radiation in insect control. Proc. of a symp. Neuherberg, 29 June - 3 July 1981, Vienne, I.A.E.A., 1982 : 217-221.
45. LUMSDEN (W.H.R.), SAUNDERS (D.S.). Tsetse flies in insect colonization and mass production. New-York and London, Academic Press, 1966 : 153-174.
46. Mac DONALD (W.A.). The laboratory rearing of Glossina morsitans submorsitans Newst. in Northern Nigeria. I.S.C.T.R., eight meeting, Jos, 1960, C.C.T.A., 62 : 247-251.
47. MELLANBY (H.), MELLANBY (K.). Rearing tsetse flies in captivity. Proc. r. ent. Soc. Lond. (A), 1937, 12 : 1-3.
48. MEWS (A.R.). The laboratory colonization of Glossina morsitans morsitans West. fed through membranes with rabbit supplement. Colloque sur les moyens de lutte contre les trypanosomes et leurs vecteurs, I.E.M.V.T., Paris 12-15 mars 1974 : 57-59.
49. MEWS (A.R.), BAUMGARTNER (H.), LUGER (D.) et OFFORI (E.D.). Colonization of Glossina morsitans morsitans Westwood in the laboratory using in vitro feeding techniques. Bull. ent. Res., 1976, 65 (4) : 631-642.

50. MEWS (A.R.), LANGLEY (P.A.), PIMLEY (R.W.), FLOOD (M.E.T.). Large-scale rearing of tsetse flies (Glossina spp) in the absence of a living host. Bull. ent. Res., 1977, 67 (1) : 119-128.
51. MEWS (A.R.), OFFORI (E.), BAUMGARTNER (H.), LUGER (D.). Techniques used at the I.A.E.A. Laboratory for rearing the tsetse fly, Glossina morsitans Westwood, Lagos, O.A.U./S.T.R.C., 1971 : 243-254.
52. MOLOO (S.K.), KUTUZA (S.B.). The laboratory maintenance of Glossina morsitans Westw. East afr. Tryp. Res. Org. Rep., 1969, pp. 73-76.
53. MONRO (J.), OSBORN (A.). The use of sterile males to control populations of Queensland fruit-fly, Dacustrioni (Frog) (Diptera, Tephritidae). I. Methods of mass-rearing, transporting, irradiating and releasing sterile flies. Aust. J. Zool., 1967, 15 : 461-473.
54. NASH (T.A.M.). Progress and problems in the establishment and maintenance of laboratory colonies of tsetse flies. Bull. Org. mond. Santé, 1963, 28 : 831-836.
55. NASH (T.A.M.). Possible induction in goats of immunological tolerance against the saliva of uninfected tsetse flies (Glossina spp). Trop. anim. Hlth Prod., 1970, 2 (3) : 126-130.
56. NASH (T.A.M.), JORDAN (A.M.). Methods for rearing and maintaining Glossina in the laboratory. In : MULLIGAN (H.W.), ed.. The african trypanosomiasis. London, Allen and Unwin Ltd, 1970 ; 441-452.
57. NASH (T.A.M.), JORDAN (A.M.). Precautions against the introduction of toxic substances to laboratory maintained tsetse flies (Glossina spp). Trans. r. Soc. trop. Med. Hyg., 1971 65 (2) : 220.
58. NASH (T.A.M.), JORDAN (A.M.), BOYLE (J.A.). A promising method for rearing Glossina austeni Newst. on a small scale, based on the use of rabbits ears for feeding. Trans. r. Soc. trop. Med. Hyg., 1966, 60 : 183-188.
59. NASH (T.A.M.), JORDAN (A.M.), BOYLE (J.A.). The large-scale rearing of Glossina austeni Newst. in the laboratory. IV. The final technique. Ann. trop. Med. Parasit., 1968, 62 (3) : 336-341.
60. NASH (T.A.M.), JORDAN (A.M.), TREWERN (M.A.). Mass rearing of tsetse flies (Glossina sp..). Recent advances. Proc. Ser. int. Atomic Energy Agency, Vienna, 1971 : 99-108.
61. NASH (T.A.M.), KERNAGHAN (R.J.), WRIGHT (A.I.). A method for the prevention of skin reactions in goats used for feeding tsetse flies, Glossina spp. Ann. trop. Med. Parasit., 1965, 59 : 88-94.

62. NASH (T.A.M.), PAGE (W.A.), JORDAN (A.M.), PETANA (W.). The rearing of Glossina palpalis in the laboratory for experimental work. C.S.I.R.T., 7e réunion, Bruxelles 1958, C.C.T.A., Publ. n° 41, pp. 343-350.
63. NOGGE (G.). Sterility in tsetse flies (Glossina morsitans Westwood) caused by loss of symbionts. Experientia, 1976, 32 : 995.
64. PAGOT (J.), ITARD (J.), CHOMAT (M.). Utilisation d'une membrane synthétique pour la nourriture artificielle des glossines (Diptera, Muscidae). C.R. Acad. Sci., Paris, 1972, 275, série D : 911-912.
65. PINHAO (R. da C.), AZEVEDO (J.F. de), FERREIRA (A.F.). The breeding of Glossina submorsitans in the laboratory. Criação de mosca tsetse em laboratorio e sua aplicação pratica. 1er symp. int. 1969, Coordenação de J. FRAGA de AZEVEDO, Lisboa, 1970 : 177-188.
66. RODHAIN (J.), VAN HOOFF (H.T.). Au sujet d'un élevage de Glossina palpalis en Europe. Annls. Soc. belge Méd. trop., 1944, 24 : 54-57.
67. ROGERS (A.). Preliminary observations on an apparatus for the artificial feeding of tsetse flies. Ann. trop. Med. Parasit., 1971, 65 (3) : 409-413.
68. ROGERS (A.), KENYANJUI (E.N.). The maintenance of a colony of Glossina pallidipes Austen. Ann. trop. Med. Parasit., 1972, 66 (2) : 267-280.
69. ROUBAUD (E.). Histoire d'un élevage de Glossina morsitans à l'Institut Pasteur de Paris. Bull. Soc. Path. exot., 1917, 10 : 629-640.
70. SCHLEIN (Y.). Lethal effect of tetracycline on tsetse flies following damage to bacteroid symbionts. Experientia, 1977, 33 : 450-451.
71. SELLIN (E.), BOURDOISEAU (G.), CLAIR (M.), CUISANCE (D.), FEVRIER (J.), TAZE (Y.), POLITZAR (H.). Bilan de quatre années d'élevage de Glossina palpalis gambiensis Vanderplank 1949 (Diptera, Muscidae) à Bobo-Dioulasso (Haute-Volta), sur animaux nourriciers (lapins-cobayes). Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1979, 32 (4) : 335-345.
72. SELLIN (E.), BOURDOISEAU (G.), CLAIR (M.), CUISANCE (D.), FEVRIER (J.), POLITZAR (H.), TAZE (Y.). Performances de deux colonies de Glossina palpalis gambiensis Vanderplank, nourries l'une sur lapins, l'autre sur cobayes, dans l'élevage de Bobo-Dioulasso (Haute-Volta) en 1978. 16e Réunion du conseil scientifique international de recherche sur les trypanosomiasés et leur contrôle (CSIRTC), Yaoundé, 29 octobre - 3 novembre 1979.

73. SELLIN (E.), BOURDOISEAU (G.), CUISANCE (D.), FEVRIER (J.), POLITZAR (H.). Effets sur Glossina palpalis gambiensis de substances médicamenteuses administrées au lapin hôte-nourricier. IIe partie. Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1979, 32 (3) : 267-275.
74. SELLIN (E.), POLITZAR (H.), CUISANCE (D.), CLAIR (M.). L'élevage de G. p. gambiensis Vanderplank, 1949 (Diptera, Muscidae) à Bobo-Dioulasso (Haute-Volta). Rev. Elev. Méd. vét. Pays trop., 1977, 30 (1) : 41-49.
75. TURNER (D.A.), MARASHI (M.H.). A second incident of reproductive abnormalities in colonized Glossina morsitans morsitans Westw. caused by a maternally acting toxicant in rabbit food. Trans. r. Soc. trop. Med. Hyg., 1973, 67 (2) : 292-293.
76. VAN DER VLOEDT (A.M.V.). Ecology and population dynamics of a Glossina palpalis palpalis colony kept under laboratory conditions. Trans. r. Soc. trop. Med. Hyg., 1971, 65 (2) : 214-220.
77. VAN DER VLOEDT (A.M.V.). L'élevage au laboratoire de Glossina palpalis palpalis et de Glossina fuscipes quanzensis. Colloque sur les moyens de lutte contre les trypanosomes et leurs vecteurs, I.E.M.V.T., Paris 12-15 mars 1974 : 61-62.
78. VAN DER VLOEDT (A.M.V.). Recent advances in tsetse mass rearing with particular reference to Glossina palpalis palpalis (Robineau, Desvoidy) fed in vivo on guinea pigs. Sterile insect technique and radiation in insect control. Proc. of a symposium, Neuherberg, 29 June - 3 July 1981. Vienna, I.A.E.A., 1982 : 223-253.
79. VAN DER VLOEDT (A.M.V.), EVENS (F.M.J.C.), CALLENS (C.M.J.). Rearing of Glossina morsitans. I. Wild and laboratory bred puparia. II. Development of a colony of Glossina morsitans and Vapona strip influence. Annls Soc. belge Méd. trop., 1968, 48 (2) : 149-164-165-180.
80. WETZEL (H.). Results of experiments with tsetse fly diets. Third int. Congress of Parasitology, Munchen, 25-31 August 1974, 2 : 942.
81. WETZEL (H.). Mass production using in vitro feeding In : LAIRD (M.) éd. Tsetse. The future for biological methods in integrated control . Ottawa, 1977 : 141-148. (IDRC-077e).
82. WETZEL (H.), BAUER (B.). Influence of antibiotics on Glossina morsitans Westwood. Proc. Symp. Sterility Principle for Insect Control, I.A.E.A., F.A.O., Innsbruck, 22-26 July 1974. Vienna, IAEA, 1975 : 501-505.

83. WETZEL (H.), LUGER (D.). In vitro feeding in the rearing of tsetse flies (Glossina m. morsitans and G. p. palpalis , Diptera, Glossinidae). Tropenmed. Parasit., 1978, 29 : 239-251.
84. WILLETT (K.C.). The laboratory maintenance of Glossina. Parasitology, 1953, 43 : 110-130.
85. WILLIAMSON (D.L.). The biology and mass rearing of Glossina morsitans in Tanzania. Third int. Congress of Parasitology, Munchen, 25-31 August 1974, 2 : 942.